

Review

Estado actual del cultivo de larvas del pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*)

María Isabel Abdo-de la Parra^{1,2}, L. Estela Rodríguez-Ibarra¹, Gustavo Rodríguez-Montes de Oca³
Gabriela Velasco-Blanco¹ & Leonardo Ibarra-Casto¹

¹Laboratorio de Reproducción y Larvicultura de Peces Marinos, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán, Av. Sábalo Cerritos s/n, 82100, Mazatlán, México

²Posgrado de Ciencias Agropecuarias del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Sinaloa, Km. 17,5 Carretera Culiacán-Dorado, C.P. 8000, Culiacán, Sinaloa, México

³Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces, Facultad de Ciencias del Mar
Universidad Autónoma de Sinaloa, Paseo Claussen s/n, C.P. 82000, Mazatlán, Sinaloa, México
Corresponding author: María Isabel Abdo-de la Parra (abdo@ciad.mx)

RESUMEN. El pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*) es un pez marino con alta demanda en los mercados de algunos países de Latinoamérica. Debido a su importancia se inició su cultivo en jaulas flotantes usando juveniles silvestres. A partir de la década pasada se iniciaron los primeros estudios para lograr su reproducción en cautiverio y la producción masiva de juveniles que puedan sustentar el cultivo completo. El presente trabajo presenta los resultados obtenidos hasta la fecha sobre desove, manejo e incubación de huevos y protocolos de larvicultura del pargo flamenco en Latinoamérica.

Palabras clave: *Lutjanus guttatus*, pargo flamenco, desove, huevos, larvas, acuicultura.

State of art for larval rearing of spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*)

ABSTRACT. The spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*) is a marine fish species highly appreciated in local markets of some countries of Latin America. For this reason at first wild juveniles were captured and stocked in floating cages for aquaculture. Since the last decade the first studies about reproduction in captivity and massive juvenile production were started in order to supply continue culture. The current study presents up to date results regarding spawning, egg management and incubation and larval rearing protocols for the spotted rose snapper in Latin America.

Keywords: *Lutjanus guttatus*, spotted rose snapper, spawn, eggs, larvae, aquaculture.

INTRODUCCIÓN

La piscicultura marina es una actividad que contribuye sustantivamente a la economía de muchos países, mediante la generación de alimento con alto valor nutricional, empleos y divisas. Hace algunos años, esta actividad se basó en Europa y Asia principalmente en el cultivo de juveniles silvestres (Tucker, 1998); sin embargo, en la actualidad la producción continua de juveniles en cautiverio se está incrementando. En el sureste de Asia, las especies cuya biotecnología de producción de juveniles ya está bien establecida son el sabalote (*Chanos chanos*) y barramundi (*Lates calcarifer*); en Japón, el pargo japonés (*Pagrus major*); en el Mediterráneo, la lubina (*Dicentrarchus labrax*) y

dorada (*Sparus aurata*) y, en Estados Unidos, la corvina (*Sciaenops ocellatus*) (Tucker, 1998). En Latinoamérica, el cultivo de peces marinos es una actividad en pleno crecimiento y desarrollo, sobre la base casi exclusivamente en la engorda de juveniles extraídos del medio. La producción constante, confiable y en el momento adecuado de juveniles de calidad, es un requerimiento indispensable para el cultivo de peces marinos (Alvarez-Lajonchère *et al.*, 2012). Por lo tanto, es imprescindible contar con las técnicas de cultivo adecuadas y sistemas de producción eficientes que permitan que la especie cultivada alcance un desempeño satisfactorio. El pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) se distribuye en el Pacífico oriental, desde México hasta Perú (Fischer

et al., 1995). Es una especie con alto potencial para su cultivo ya que presenta alta demanda en los mercados de algunos países Latinoamericanos, por lo que las investigaciones sobre su reproducción artificial se iniciaron hace varios años en Colombia (Valverde & Boza, 1999), Panamá (Cano, 2003), Costa Rica (Boza-Abarca *et al.*, 2008) y Ecuador (Benetti & Wilson, 1996). En México, las investigaciones sobre el cultivo de esta especie se iniciaron en el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, Unidad Mazatlán (CIAD), desde el año 2000 (García-Ortega *et al.*, 2005). En la actualidad se han logrado grandes avances para obtener la producción masiva de juveniles de calidad que sustenten el cultivo de esta importante especie.

Reproductores

El pargo flamenco es una especie gonocórica, con sexos separados, sin dimorfismo sexual aparente, fertilización externa y sin cuidado paternal. Su desarrollo gonadal es asincrónico con desoves parciales por la presencia de ovocitos con desarrollo avanzado y folículos post-ovulatorios en diferentes grados de reabsorción, liberados en diferentes tiempos (Cruz-Romero *et al.*, 1996). La actividad reproductiva ocurre prácticamente todo el año; con máximos en abril-mayo y octubre-noviembre. En enero y febrero cesa totalmente la reproducción, principalmente por las bajas temperaturas (Rojas, 1997; Arellano-Martínez *et al.*, 2001; Alvarez-Lajonchère & Ibarra-Castro, 2011). Para obtener el banco de reproductores y realizar la inducción artificial, los organismos silvestres se pueden capturar por medio de chinchorros, anzuelos y línea de fondo (palangre), por pescadores artesanales en la época de reproducción, a profundidades de 30-50 m. De acuerdo a lo recomendado por Benetti & Feeley (1999), a los peces con barotrauma (abultamiento de la vejiga gaseosa debido a cambios de presión durante el ascenso) se les practica una punción de la vejiga gaseosa con una aguja hipodérmica para retirar el exceso de gas y estabilizar al animal en la columna de agua. Posteriormente, se trasladan a las instalaciones correspondientes. Ibarra-Castro *et al.* (2012a) señalan que es posible mantener un banco de reproductores obtenido de juveniles producidos en laboratorio y posteriormente, cultivarlos en jaulas hasta alcanzar la talla adecuada para su reproducción.

Control de la reproducción

Para lograr con éxito el cultivo de peces marinos se requiere la producción sostenida de huevos de calidad (Bromage, 1995). En general, los reproductores capturados del medio ambiente o los que son criados en cautiverio, reciben condiciones medioambientales

inapropiadas para lograr la maduración final y liberación de gametos; por lo cual, es necesario aplicar tratamientos hormonales para lograrlo. A partir de los años 30 se han utilizado hormonas exógenas para estimular el proceso reproductivo e inducir a la ovulación, espermiación y desove de peces marinos (Zohar & Mylonas, 2001). Para establecer los protocolos de inducción a la maduración final del pargo flamenco, se han realizado diversos estudios: Valverde & Boza (1999) inyectaron a hembras silvestres con 4 mg de extracto de pituitaria de carpa (EPC) de peso por kg corporal (PC), y después de 24 h las hembras desovaron. Boza-Abarca *et al.* (2008) indujeron el desove de *L. guttatus* engordado en jaulas, utilizando dos inyecciones de gonadotropina coriónica humana (hCG): la primera de 4,5 mg hCG kg⁻¹ PC y la segunda de 3,5 mg hCG kg⁻¹ PC; después de 9 a 12 h las hembras desovaron. Recientemente, Boza-Abarca *et al.* (2011) confirmaron que la dosis de 4 mg kg⁻¹ PC de EPC aplicada en una sola inyección es adecuada para inducir al desove a las hembras de esta especie.

Por su parte, Ibarra *et al.* (2004) indujeron el desove de *L. guttatus* utilizando implantes del análogo de la hormona liberadora de la hormona luteinizante (LHRHa), con dosis de 25 ó 75 mg kg⁻¹ PC. Ibarra-Castro & Duncan (2007) evaluaron implantes en pargos silvestres con 25, 50, 75 y 100 µg del análogo de la hormona liberadora de la gonadotropina (GnRH_a) y determinaron que el implante de 75 µg fue el más efectivo para la liberación de los huevos. Ibarra-Castro & Alvarez-Lajonchère (2009) demostraron la eficiencia de los implantes de GnRH_a tanto en pargos silvestres como de cautiverio y desarrollaron un monográfico para estimar la dosis requerida de GnRH_a para la inducción al desove de hembras de pargo flamenco. Además, se ha demostrado que es posible obtener desoves espontáneos durante la época natural de desove, con peces adaptados a las condiciones de cautiverio propicias para su maduración y desove (Cano, 2003; Boza-Abarca *et al.*, 2008; Alvarez-Lajonchère *et al.*, 2011; Ibarra-Castro & Alvarez-Lajonchère, 2011).

Fertilización

Una vez inducidas, las hembras se colocan en los tanques donde se efectúa la fertilización natural. Generalmente la proporción de machos:hembras es de 2:1. Los machos fecundan los huevos al momento de ser liberados por la hembra en el agua (Sierra de la Rosa, 2007; Boza-Abarca *et al.*, 2008; Ibarra-Castro & Alvarez-Lajonchère 2009, 2011). Se han reportado diferentes porcentajes de fertilización, que varían según las condiciones de mantenimiento de los reproductores, de 45 a 90% (García-Ortega *et al.*, 2005; Sierra de la

Rosa, 2007; Boza-Abarca *et al.*, 2008, 2011; Ibarra-Castro & Alvarez-Lajonchère, 2009, 2011; Herrera-Ulloa *et al.*, 2009, 2010; Álvarez-Lajonchère *et al.*, 2012).

Los huevos vivos fertilizados del pargo flamenco son pelágicos y flotan en la superficie del agua. Son de forma esférica, con corion transparente y liso lo que permite observar, mediante microscopio compuesto, el desarrollo embrionario. El espacio previtelino es pequeño; el diámetro es de 650 a 900 μm y el vitelo presenta una sola gota oleosa (Fig. 1a). Los huevos muertos son opacos y no flotan en la superficie del agua (Fig. 1b) (Ibarra-Castro & Duncan, 2007; Boza-Abarca *et al.*, 2008; Alvarez-Lajonchère *et al.*, 2011).

Manejo e incubación de huevos

La manipulación y la incubación de huevos de peces son procedimientos sencillos pero importantes para la producción masiva de juveniles; por lo cual, se han realizado diferentes estudios para establecer las mejores prácticas de manejo en *L. guttatus*. Ibarra-Castro *et al.* (2012b) realizaron un estudio para determinar el manejo más apropiado para la incubación de huevos. Evaluaron dos densidades de siembra (250 y 1000 huevos L^{-1}), con o sin tratamiento profiláctico de formalina a 10 mg L^{-1} por una hora antes de la incubación, colocándolos en tanques de fibra de vidrio de 100 L con y sin flujo de agua (renovando el 30% h^{-1}). Concluyeron que la mejor densidad de siembra para la incubación es de 250 huevos L^{-1} y no encontraron diferencias significativas en la eclosión de huevos con o sin tratamiento profiláctico, ni con o sin flujo de agua. En otro estudio, Ibarra-Castro *et al.* (2012c) recomiendan utilizar acriflavina a 5 mg L^{-1} como tratamiento profiláctico en la incubación de huevos de pargo flamenco para reducir los efectos negativos de microorganismos patógenos en huevos y larvas.

Por otro lado, las condiciones ambientales en la incubación de huevos de peces marinos juegan un papel preponderante en el desarrollo de los organismos; por ejemplo, se ha demostrado que el fotoperiodo influye en el desarrollo embrionario y tiempo de eclosión de las larvas (Helvik & Walter, 1992, 1993; Downing & Litvak, 2002). Duncan *et al.* (2008) evaluaron el efecto del fotoperiodo en la incubación de huevos de pargo flamenco y concluyeron que, independientemente del fotoperiodo, la mayoría de los huevos eclosionaron entre 17 y 20 h postfertilización (HPF); sin embargo, el periodo de eclosión aumentó significativamente (de 23 a 25 HPF) en los huevos incubados con luz constante.

Otro de los factores ambientales que influyen en los procesos vitales de los peces, es la salinidad del medio donde se cultivan; algunas investigaciones en especies de peces marinos mencionan que la incubación de huevos,

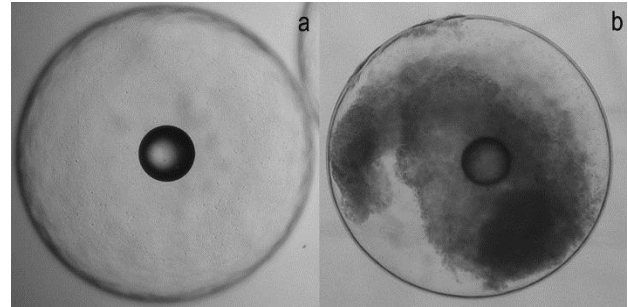


Figura 1. a) Huevo fertilizado viable de pargo flamenco, de forma esférica, con corion transparente y liso, evidenciando un espacio previtelino pequeño y donde el vitelo presenta una sola gota de aceite, b) huevo fertilizado no viable (Reproducida de Abdo de la Parra & Rodríguez-Ibarra, 2011).

fuera del rango de salinidad que tolera la especie, afecta el desarrollo embrionario, produce malformaciones, puede alargar el tiempo de eclosión y disminuir la supervivencia, tanto de embriones como de larvas eclosionadas (Henne & Watanabe, 2003; Jian *et al.*, 2003; Berlinsky *et al.*, 2004). Para el pargo flamenco, se demostró que la incubación de huevos puede efectuarse en salinidades de 15 a 40 sin afectar el desarrollo embrionario y la eclosión de larvas normales (Abdo de la Parra *et al.*, 2011).

Análisis financiero en la producción de huevos fertilizados

Ibarra-Castro *et al.* (2013), realizaron análisis financiero de un ciclo de producción de huevos de pargo flamenco a escala piloto, para evaluar la posibilidad de implementar esta tecnología a escala comercial. Los resultados determinaron que la mano de obra se llevó el 36% del costo total, seguida de los materiales e insumos (21%), alimento (11%) y por último, la depreciación que representó el 10% del total. El costo de 1.000 huevos viables ya empacados para su envío se estimó en US\$0,96 y el costo de producción de 100.000 larvas de 48 h después de la eclosión (HDE) fue de US\$2,045. De acuerdo a los resultados obtenidos, los autores mencionan que la tecnología de producción de huevos de esta especie puede extenderse a escala comercial, siguiendo sus recomendaciones.

Desarrollo embrionario y larvario

El desarrollo embrionario (Tabla 1) es similar a otras especies de pargo y fue descrito por Ibarra-Castro (2005). La eclosión se inicia entre las 15 y 17 HPF a temperaturas entre 26 y 30°C, y termina en un periodo de 3-4 h. En condiciones normales de cultivo se obtienen porcentajes de eclosión mayores al 80% (García-Ortega *et al.*, 2005; Ibarra-Castro, 2005; Ibarra

Tabla 1. Desarrollo embrionario del pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*). Tomado de Ibarra-Castro (2005).

Horas post-fertilización (HPF)	Estado de desarrollo
0:15-0:30	división de 2 y 4 células
0:45-0:55	8 células
1:10-1:30	16 células
1:40-1:50	mórula
4:15-4:25	blástula
6:15-6:25	inicio del eje embrionario
7:15-7:25	evolución del embrión
8:15-8:25	segmentación del embrión
10:19	continúa segmentación hasta la cola y aparecen pigmentos
15:39	formación de la aleta caudal y aparición de órganos internos
16:44	empieza a latir el corazón y se observa movimiento del embrión
19:49	eclosión del embrión

& Duncan, 2007; Boza-Abarca *et al.*, 2008; Duncan *et al.*, 2008; Abdo de la Parra *et al.*, 2010; Ibarra-Castro & Alvarez-Lajonchère, 2011; Ibarra-Castro *et al.*, 2012a, 2012b).

Las larvas recién eclosionadas (Fig. 2) miden entre 2,1 y 2,7 mm de longitud total (LT) (García-Ortega *et al.*, 2005; Boza-Abarca *et al.*, 2008; Abdo de la Parra *et al.*, 2010; Ibarra-Castro & Alvarez-Lajonchère, *et al.*, 2011, 2012), el saco vitelino abarca casi la mitad de la longitud del cuerpo; el tubo digestivo, boca y poro anal se encuentran indiferenciados y no se distinguen; los ojos también están indiferenciados. Entre los días 0 y 1 después de la eclosión (DE), las larvas flotan en la columna de agua sin movimiento significativo y los ojos empiezan a desarrollarse. A los 3 días DE se observa la abertura del poro anal, boca y ojos se encuentran completamente pigmentados, el saco vitelino ha sido absorbido completamente y las larvas miden alrededor de $3,0 \pm 0,02$ mm de LT. A los 4 días DE se alimentan activamente en la columna de agua y en la superficie. La preflexión ocurre entre los días 14 y 16 DE; la flexión entre los días 19 y 20 DE y la post-

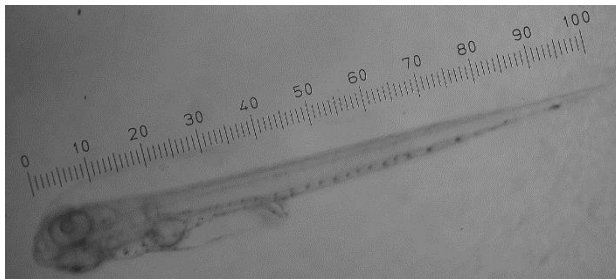


Figure 2. Larva de pargo flamenco *L. guttatus* recién eclosionada. El tubo digestivo, la boca, el poro anal y los ojos se encuentran indiferenciados; al eclosionar miden entre 2,1 a 2,7 mm de LT (Foto cortesía de Rodríguez-Ibarra, 2010). Cada unidad de la reglilla equivale a 0,020 mm).

flexión con posterioridad al día 26 DE, donde las larvas alcanzan alrededor de $9,3 \pm 1,2$ mm de LT (Boza-Abarca *et al.*, 2008; Abdo de la Parra & Rodríguez-Ibarra, 2011).

Descripción del sistema digestivo

Galaviz *et al.* (2012), describieron el desarrollo del sistema digestivo de las larvas de pargo flamenco desde la eclosión hasta el día 40 DE. Señalan que al momento de la eclosión, el sistema digestivo se encuentra indiferenciado y aparece como un tubo recto, boca y ano no diferenciados todavía y el tracto digestivo está cerrado al exterior. Durante la absorción del saco vitelino (2-3 días DE) se empieza a diferenciar el rudimentario sistema digestivo en bucofaringeo, esófago corto, intestino y glándulas accesorias digestivas (hígado y páncreas).

Entre los días 3 y 4 DE las larvas abren la boca ($3,0 \pm 0,02$ mm LT) y el intestino posterior es separado del anterior por la válvula intestinal. A partir de la alimentación exógena y hasta el día 10 DE, el sistema digestivo aumenta en tamaño y complejidad. A los 20 días DE las glándulas gástricas se distinguen claramente, y a los 25 días DE el estómago está morfológicamente diferenciado, distinguiéndose tres regiones: cardias, fundus y píloro. La actividad de la tripsina se detectó al momento de la eclosión y fue aumentando conforme la larva se fue desarrollando y cambiando el tipo de alimento. La máxima actividad se detectó al día 35 DE, cuando la larva se alimentó con una dieta artificial. En base a estos resultados, los autores sugieren que el destete se puede efectuar entre los días 20 y 25 DE.

Larvicultura

Protocolos de alimentación

El primer reporte publicado sobre la larvicultura del pargo flamenco se realizó en las instalaciones del

CIAD, Unidad Mazatlán, Sinaloa por García-Ortega *et al.* (2005). En este estudio, se inocularon con una mezcla de *Nannochloropsis oculata*, *Tetraselmis* sp. e *Isochrysis* sp. a 100.000 cel mL⁻¹ a partir del primer día y hasta el día 14 DE. Las larvas se alimentaron con rotíferos *Brachionus rotundiformis* con 10 ind. mL⁻¹ del primer día al día 23 DE. Posteriormente, a partir del día 24 DE se redujo la tasa de alimentación a 6 ind. mL⁻¹ y se añadieron metanauplios de *Artemia* sp. enriquecida, a una densidad de 0,1 ind. mL⁻¹, la cual se fue incrementando gradualmente hasta 1 ind. mL⁻¹. El destete se inició al día 31 DE utilizando una dieta microparticulada a base de quistes descapsulados de *Artemia* y harina de pescado como fuentes de proteína (García-Ortega *et al.*, 2003). A los 41 días DE las larvas consumían solo alimento artificial. Los autores reportaron una tasa de supervivencia de 0,5%.

El protocolo anterior fue modificado (Fig. 3) en las mismas instalaciones por Abdo de la Parra *et al.* (2010), aumentando la cantidad de microalgas, rotíferos y nauplios de *Artemia* otorgada a las larvas de pargo. Además, a partir del día 2 al 15 DE se agregó a los tanques de cultivo, una mezcla de copépodos (*Tisbe monozota* y *Pseudodiaptomus euryhalinus*) a una concentración de 0,5 ind mL⁻¹. El cambio a alimento inerte se realizó a partir de los 30 días DE, con una dieta comercial microparticulada (Lansy 2/4, 4/6, 5/8, 8/12, INVE Aquaculture Inc.). Los autores reportaron una tasa de supervivencia entre 1,5 a 2,8% al final del cultivo larvario (45 días DE) y los juveniles cosechados midieron alrededor de 4,5 cm de LT (Fig. 4).

Recientemente, Alvarez-Lajonchère *et al.* (2012) describieron la larvicultura del pargo flamenco a escala piloto, realizada en la planta piloto para la producción de peces marinos del CIAD, Unidad Mazatlán (Alvarez-Lajonchère *et al.*, 2007). El protocolo de alimentación fue similar al reportado por Abdo de la Parra *et al.* (2010), modificando la alimentación con metanauplios de *Artemia* enriquecidos durante 18 h con SuperSelco® (INVE Aquaculture Inc). Los autores obtuvieron una supervivencia de 12,1 ± 1,1% debido a que a partir de 28 días DE se inició la separación de tamaño para evitar el canibalismo, dado que durante la larvicultura de esta especie, se observó una gran dispersión de tamaños.

En la Estación de Biología Marina de Punta Arenas, Costa Rica se ha reportado una tasa de supervivencia de 1,5% de larvas de pargo flamenco a los 26 días DE, bajo el siguiente protocolo de alimentación; los tanques de larvicultura fueron inoculados con *Isochrysis galbana* (600.000 cel mL⁻¹), rotíferos *Brachionus plicatilis* (15-20 ind mL⁻¹), huevos de ostión fertilizados (*Crassostrea gigas*, 5 huevos mL⁻¹) y zooplancton prefiltrado del Golfo de Nicoya (<150 µm de tamaño) que contenía

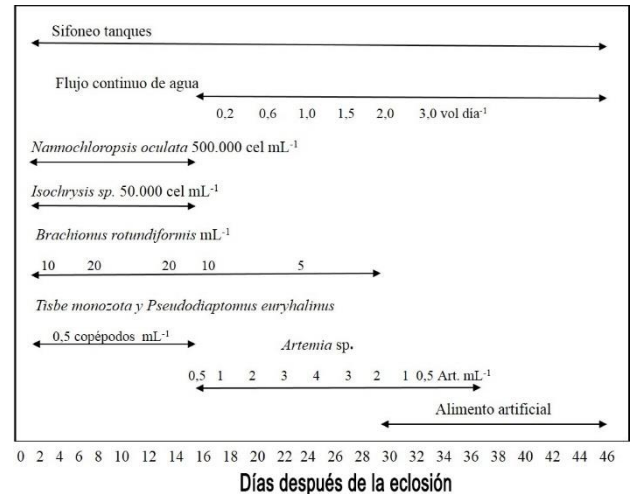


Figure 3. Protocolo de manejo de la calidad del agua y alimentación utilizado para la larvicultura del pargo flamenco *L. guttatus* durante 45 días DE (Reproducido de Abdo de la Parra *et al.*, 2010).

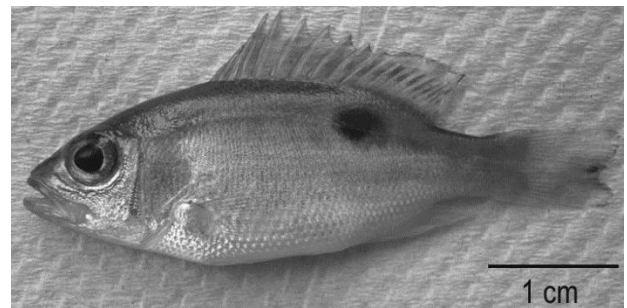


Figure 4. Juvenil de pargo flamenco *L. guttatus* de 4,5 cm de LT obtenido al final del cultivo larvario (45 días DE). (Reproducida de Abdo de la Parra & Rodríguez-Ibarra, 2011).

principalmente larvas de copépodos (5-10 ind mL⁻¹). Excepto los huevos de ostra fertilizados que se mantuvieron un sólo día, las densidades de *Isochrysis galbana*, rotíferos, y zooplancton se mantuvieron hasta los 27, 29 y 35 días DE, respectivamente. A 16 días DE se inició la alimentación con nauplios de *Artemia* (3-5 nauplios mL⁻¹) hasta 36 días DE; las larvas aceptaron la sardina fresca como alimento a 31 días DE y el destete se realizó mezclando alimento fresco con alimento inerte (Boza-Abarca *et al.*, 2008).

Por otro lado, la Universidad Nacional (UNA) de Costa Rica transfirió la biotecnología de acuicultura al Parque Marino del Pacífico y unieron esfuerzos para desarrollar el cultivo del pargo flamenco en el país. La larvicultura se efectuó aplicando de 2 a 20 DE, 500 L diarios de *Tetraselmis chui* con densidades entre 100 y 200 cel mL⁻¹ y rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) enriquecidos con Rotimac® (Bio-Marine Inc.) entre 5

y 20 ind mL⁻¹. A partir de los días 15 y 30 DE se aplicaron nauplios de *Artemia* (1 ind mL⁻¹) y a partir del día 25 DE se otorgó *Artemia* adulta a razón de 2 ind larva día⁻¹. El período de destete inició entre los 30 y 32 días DE otorgando una mezcla de alimento fresco basado en camarón y pescado. Los autores mencionan que los procesos de producción de larvas fueron optimizados durante los primeros años de la investigación en función de obtener un protocolo de alimentación que permitiese la supervivencia de las larvas; así, de 10.000 alevines producidos al inicio pasaron a producir cerca de 70.000. Los resultados encontrados refuerzan el potencial de la producción en laboratorio de la especie (Herrera-Ulloa *et al.*, 2009, 2010).

En Colombia, CENIACUA y la compañía camaronera C.I. Balboa S.A. unieron esfuerzos, para verificar el potencial del pargo flamenco como especie candidata para la diversificación de la maricultura en el Pacífico colombiano y desarrollaron el siguiente protocolo de alimentación en tanques de concreto de 10.000 L. A partir del día 3 DE suministraron microalgas (*Nannochloropsis oculata*), rotíferos enriquecidos (10-15 ind mL⁻¹), *Artemia salina* enriquecida (5 ind mL⁻¹) con HUFA'S (DHA Protein SELCO®, INVE Aquaculture Inc.) y zooplancton silvestre. Del día 6 al 20 DE se otorgó una solución nutritiva sin diluir, el Epac® tamizado a 100 µm (alimento microparticulado), mientras que entre los días 19 y 33 DE se aplicó en su tamaño original (500 µm alimento particulado) conjuntamente con zooplancton silvestre y nauplios de *Artemia*. Posteriormente, se utilizó alimento balanceado para camarón (alimento particulado 2 y 3) acompañado de juveniles y adultos de *A. salina* enriquecidos con SELCO® (INVE Aquaculture Inc.). A los 42 días DE los alevines se alimentaron únicamente a base de dietas comerciales. Durante las dos últimas semanas de la larvicultura se observó un acentuado canibalismo debido a la diferencia de tallas de los peces, lo cual afectó la supervivencia final (1,8%), por lo que recomiendan una separación de tallas a partir de 30 días DE (Sierra de la Rosa, 2007).

Por su parte, Velasco-Blanco *et al.* (2013) evaluaron tres productos comerciales, S-Presso® (INVE Aquaculture Inc.), DHA Protein Selco® (INVE Aquaculture Inc.) y Rotigrow Plus® (Reed Mariculture Inc.) para enriquecer el alimento vivo utilizado para alimentar larvas de pargo flamenco durante el cultivo larvario y mencionan que no encontraron diferencias significativas en crecimiento y supervivencia de las larvas de los tres tratamientos; sin embargo, recomiendan utilizar Rotigrow-Plus® por ser el más económico de los tres productos evaluados.

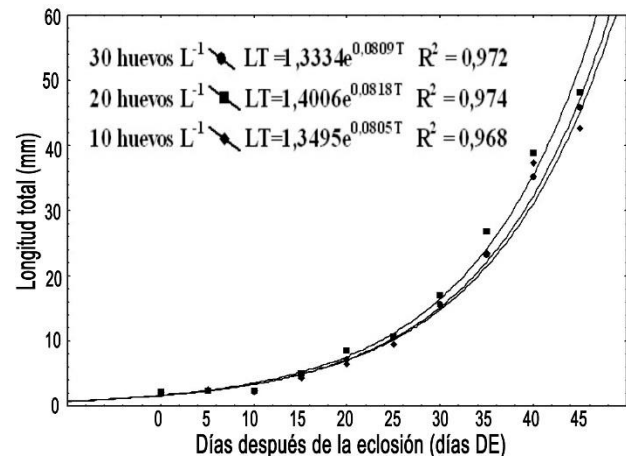


Figura 5. Curvas de crecimiento basadas en LT de larvas de pargo flamenco *L. guttatus*, cultivadas a diferentes densidades de siembra durante 45 días DE (reproducido de Abdo de la Parra *et al.*, 2010).

Densidad de siembra

Durante la larvicultura de peces marinos existen muchos factores que influyen sobre el crecimiento y la supervivencia; uno de ellos es la densidad de siembra de huevos o larvas, que puede afectar la calidad del agua, limitar el espacio y aumentar la agresividad de las larvas (Sakakura & Tsukamoto, 2002; Szkudlarek & Zakés, 2007). Abdo de la Parra *et al.* (2010) evaluaron el efecto de la densidad de siembra (30, 20 y 10 huevos L⁻¹) en la larvicultura del pargo flamenco y concluyeron que la densidad de siembra inicial no afectó el crecimiento (Fig. 5) ni la supervivencia de las larvas, por lo que mencionan que el cultivo larvario de *L. guttatus* puede efectuarse sembrando 30 huevos L⁻¹; sin embargo, recomiendan realizar más estudios para evaluar mayores densidades de siembra en la larvicultura de esta especie y aumentar la producción de juveniles.

CONCLUSIONES

La presente revisión demuestra que el pargo flamenco *L. guttatus* es una especie con alto potencial para diversificar la maricultura en los países con litoral del Pacífico donde se encuentra naturalmente. Se comprobó que los reproductores maduran y se reproducen en cautiverio por inducción hormonal y/o dándoles las condiciones medioambientales para tal efecto. En el CIAD, Unidad Mazatlán, el ciclo reproductivo se ha cerrado y se cuenta con organismos F1 y F2 que forman parte del lote actual de reproductores de la planta piloto para la producción de peces marinos de la Unidad. La tasa de fertilización es alta cuando se dan las condi-

ciones adecuadas; así como el porcentaje de eclosión. Se han determinado algunos de los parámetros adecuados para su cultivo larvario como: fotoperiodo y salinidad de incubación, protocolos de alimentación, densidad de siembra, etc., mejorando con ello los protocolos de cultivo larvario. Uno de los grandes logros hasta la fecha ha sido elevar la supervivencia de las larvas al final del cultivo (45 días DE) de 1,5 a 12.0% a escala piloto; por lo que será factible producir, en un futuro cercano, de manera confiable y continua, juveniles de pargo flamenco en laboratorio para realizar su engorda en jaulas y detonar el crecimiento de esta industria en Latinoamérica.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen la asistencia técnica de Manuel Cruz, Juan Huerta, Armando Ibarra, Jesús Tirado y Rosendo Valdivia. A Valerie Williams por la traducción del resumen y corrección del manuscrito. Esta investigación fue financiada por FORDECYT 173714, bajo la responsabilidad de M.I. Abdo de la Parra.

REFERENCIAS

- Abdo de la Parra, M.I. & L.E. Rodríguez-Ibarra. 2011. Cultivo larvario y requerimientos nutricionales del pargo flamenco. Editorial Académica Española, Berlín, 64 pp.
- Abdo de la Parra, M.I., L.E. Rodríguez-Ibarra, G. Velasco-Blanco, N. García-Aguilar & B. González-Rodríguez. 2011. Evaluación del efecto de diferentes salinidades sobre la incubación de huevos y eclosión de larvas del pargo flamenco *Lutjanus guttatus*. *Cienc. Pesq.*, 19(1): 29-34.
- Abdo de la Parra, M.I., L.E. Rodríguez-Ibarra, F. Campillo-Martínez, G. Velasco-Blanco, N. García-Aguilar, L. Álvarez-Lajonchère & D. Voltolina. 2010. Efecto de la densidad de siembra sobre el crecimiento y supervivencia larval del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). *Rev. Biol. Mar. Oceanogr.*, 45(1): 141-146.
- Álvarez-Lajonchère, L., L. Ibarra-Castro & N. García-Aguilar. 2011. Reproducción controlada. In: L.S. Álvarez-Lajonchère & A. Puello-Cruz (eds.). El pargo flamenco: *Lutjanus guttatus*. Producción controlada de huevos, larvas y juveniles. Clave Editorial, México, pp. 25-58.
- Álvarez-Lajonchère, L., M.A. Reina-Cañez, M.A. Camacho-Hernández & S. Kraul. 2007. Design of a pilot-scale tropical marine finfish hatchery for a research center at Mazatlán, México. *Aquacult. Eng.*, 36: 81-96.
- Álvarez-Lajonchère, L.S., M.I. Abdo de la Parra, L.E. Rodríguez-Ibarra, G. Velasco-Blanco, A. Puello-Cruz, B. González-Rodríguez, A. Ibarra-Soto & L. Ibarra-Castro. 2012. The scale-up of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, larval rearing at Mazatlan, Mexico. *JWAS*, 43(3): 411-422.
- Arellano-Martínez, M., A. Rojas-Herrera, F. García-Domínguez, B. Caballos-Vázquez & M. Villarejo-Fuerte. 2001. Ciclo reproductivo del pargo lunajero *Lutjanus guttatus* (Steindachner 1869) en las costas de Guerrero, México. *Rev. Biol. Mar. Oceanogr.*, 36: 1-8.
- Benetti, D. & M. Feeley. 1999. The capture, transport, handling, prophylaxis, quarantine, and sampling of broodstock marine fish. *World Aquacult.*, 30(3): 54-57.
- Benetti, D. & E. Wilson. 1996. Estado actual y perspectivas del cultivo de peces marinos en el Ecuador. In: A. Silva & G. Merino (eds.). *Acuicultura en Latinoamérica. IX Congreso Latinoamericano de Acuicultura. 2º Simposio Avances y Perspectivas de la Acuicultura en Chile*. Coquimbo, pp. 5-14.
- Berlinsky, D.L., J. Taylor, R.A. Howell, T. Bradley & T.J. Smith. 2004. The effects of temperature and salinity on early life stages of black sea bass *Centropristis striata*. *JWAS*, 35(3): 335-344.
- Boza-Abarca, J., E. Calvo-Vargas, N. Solís-Ortiz & J. Komen. 2008. Induced spawning and larval rearing of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, at the Marine Biology Station, Puntarenas, Costa Rica. *Cienc. Mar.*, 34: 239-252.
- Boza-Abarca, J., S. Valverde-Chavarría, E. Calvo-Vargas, M. Ramírez-Alvarado & E. Rodríguez-Gómez. 2011. Inducción hormonal con suspensión de pituitaria de carpa y gonadotropina coriónica humana en el pargo manchado *Lutjanus guttatus* silvestre y criado en cautiverio. *Cienc. Mar.*, 37(2): 125-139.
- Bromage, N. 1995. Broodstock management and seed quality-general considerations. In: N.R. Bromage & R.J. Roberts (eds.). *Broodstock management, egg, and larval quality*. Blackwell Science, Oxford, pp. 1-24.
- Cano, A. 2003. Reproduction in captivity and cultivation of the Pacific rose spotted snapper *Lutjanus guttatus* in the Republic of Panama. *World Aquaculture 2003. Proceedings WAS*, pp. 153.
- Cruz-Romero, M., E.A. Chávez, E. Espino & A. Garcia. 1996. Assessment of a snapper complex (*Lutjanus* spp.) of the eastern tropical Pacific. In: F. Arreguín-Sánchez, J.L. Munro, M.C. Balgos & D. Pauly (eds.). *Biology and culture of tropical groupers and snappers*. ICLARM Conf. Proc., 48: 331-337.
- Downing, G. & M.K. Litvak. 2002. Effects of light intensity, spectral composition and photoperiod on development and hatching of haddock (*Melano-*

- grammus aeglecnus*) embryos. *Aquaculture*, 213: 265-278.
- Duncan, J.N, L. Ibarra-Castro & R. Álvarez-Villaseñor. 2008. Effect of the dusk photoperiod change from light to dark on the incubation period of eggs of the spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus* (Steindachner). *Aquacult. Res.*, 39: 427-433.
- Fischer, W., F. Krupp, W. Schneider, C. Sommer, K.E. Carpenter & V.H. Niem. 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico Centro-Oriental, Volumen II Vertebrados-Parte 1. FAO, Roma, 646 pp.
- Galaviz, M.A., A. García-Ortega, E. Gisbert, L.M. López & A. García-Gasca. 2012. Expression and activity of trypsin and pepsin during larval development of the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Comp. Biochem. Physiol. Part B*, 161: 9-16.
- García-Ortega, A., I. Abdo de la Parra & C. Hernández. 2003. Waning of bulls eye puffer (*Sphoeroides annulatus*) from live food to microparticulate diets made with decapsulated cysts of *Artemia* and fishmeal. *Aquacult. Int.*, 11: 183-194.
- García-Ortega, A., I. Abdo de la Parra, N. Duncan, E. Rodríguez-Ibarra, G. Velasco, B. González-Rodríguez, A. Puello-Cruz & I. Martínez-Rodríguez. 2005. Larval rearing of spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* under experimental conditions. In: C.I. Hendry, G. Van Stappen, M. Willey & P. Sorgeloos (eds.). *Larvi fish and shellfish larviculture Symposium EAS*. Pubn. 36. Bélgica, pp. 172-175.
- Helvik, J.V. & B.T. Walther. 1992. Photo-regulation of the hatching process of halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) embryos. *J. Exp. Zool.*, 263: 204-209.
- Helvik, J.V. & B.T. Walther. 1993. Development of hatchability in halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) eggs. *Int. J. Dev. Biol.*, 37(3): 487-490.
- Henne, J.P. & W.O. Watanabe. 2003. Effects of light intensity and salinity on growth, survival, and whole-body osmolality of larval southern flounder *Paralichthys lethostigma*. *JWAS*, 34(4): 450-465.
- Herrera-Ulloa, A., J. Chacón-Guzmán, G. Zúñiga-Calero & R. Jiménez-Montealegre. 2010. Spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*) aquaculture research and development as socio-economic alternative for Costa Rican fisheries communities. *World Aquacult.*, 41: 20-22.
- Herrera-Ulloa, A., J. Chacón-Guzmán, G. Zúñiga-Calero, O. Fajardo & R. Jiménez-Montealegre. 2009. Acuicultura de pargo la mancha *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en Costa Rica dentro de un enfoque ecosistémico *Rev. Mar. Cost.*, 1: 197-213.
- Ibarra, L., S. Dumas & N. Duncan. 2004. Gonad development and LHRHa-induced spawning in female spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. In: 5th International Symposium on Fish Endocrinology, 5-9 September, Castellón, pp. 1.
- Ibarra-Castro, L. 2005. Desarrollo gonadal e inducción a la maduración final de *Lutjanus guttatus* silvestres y de cautiverio por implante e inyección de la hormona LHRHa. Tesis de Maestría en Ciencias. CIAD, Unidad Mazatlán, Mazatlán, 160 pp.
- Ibarra-Castro, L. & L. Alvarez-Lajonchère. 2009. An improved induced-spawning protocol for spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Isr. J. Aquacult. Bamidgeh*, 61: 121-133.
- Ibarra-Castro, L. & L. Alvarez-Lajonchère. 2011. GnRH α induced multiple spawns and volition spawning of captive spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, at Mazatlan, Mexico. *JWAS*, 42: 564-574.
- Ibarra-Castro, L. & N. Duncan. 2007. GnRH α -induced spawning of wild-caught spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Aquaculture*, 272: 737-746.
- Ibarra-Castro, L., F.J. Martínez-Cordero & L. Alvarez-Lajonchère. 2013. Financial analysis of pilot-scale egg production of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*. *Aquacult. Econ. & Manage.*, 17(2): 171-183.
- Ibarra-Castro, L., L.E. Muñoz-Meza & L. Álvarez-Lajonchère. 2012b. Estudios sobre el manejo e incubación de huevos del pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (Pisces, Lutjanidae). *Hidrobiología*, 22(1): 49-57.
- Ibarra-Castro, L., C.R. Lizárraga-Osuna, B. Gómez-Gill & L. Alvarez-Lajonchère. 2012c. Tratamientos profilácticos para desinfectar la superficie de huevos del pargo flamenco *Lutjanus guttatus*. *Rev. Bio. Mar. Oceanogr.*, 47(1): 155-160.
- Ibarra-Castro, L., L. Alvarez-Lajonchère, N. García-Aguilar, M.I. Abdo de la Parra & L.E. Rodríguez-Ibarra. 2012a. Generation cycle closure of the spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, in captivity. *Rev. Bio. Mar. Oceanogr.*, 47(2): 333-337.
- Jian, C.J., S.Y. Cheng & J.C. Chen. 2003. Temperature and salinity tolerances of yellowfin sea bream, *Acanthopagrus latus*, at different salinity and temperature levels. *Aquacult. Res.*, 34: 175-185.
- Rojas, J.R. 1997. Fecundidad y época de reproducción del pargo mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en el Golfo de Nicoya, Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.*, 44/45: 477-487.
- Sakakura, Y. & K. Tsukamoto. 2002. Onset and development of aggressive behaviour in the early life stage of Japanese flounder. *Fish Sci.*, 68: 854-861.
- Sierra-De la Rosa, J.F. 2007. Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus*

- guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el Pacífico Colombiano. Rev. Electrón. Ing. Produc. Acuicult., 2: 47-60.
- Szkudlarek, M. & Z. Zake. 2007. Effect of stocking density on survival and growth performance of pikeperch, *Sander lucioperca* larvae under controlled conditions Aquacult. Int., 15: 67-81.
- Tucker, J.W. 1998. Marine fish culture. Kluwer Academic Publishers, Massachusetts, 750 pp.
- Valverde, S. & J. Boza 1999. Inducción al desove en hembras del pargo mancha, *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). Uniciencia, 15-16: 65-69.
- Velasco-Blanco, G., J.F. Arias-Rodríguez, M.I. Abdo-de la Parra, L. Ibarra-Castro, L.E. Rodríguez-Ibarra & N. García-Aguilar. 2013. Enriquecimiento de rotíferos y *Artemia* con diferentes fuentes de DHA/EPA, para alimentar larvas de pargo flamenco *Lutjanus guttatus*. In: L.E. Cruz-Suárez, D. Ricque, M. Tapia-Salazar, M.G. Nieto-López, D. Villarreal, J. Gamboa & C.A. Álvarez. XII Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. Villahermosa, 88 pp.
- Zohar, Y. & C.C. Mylonas. 2001. Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. Aquaculture, 197: 99-136.

Received: 16 May 2014; Accepted: 27 February 2015